

Capítulo 22

Principais métodos terapêuticos para peixes em cultivo

Sérgio Henrique Canello Schalch, Marcos Tavares-Dias & Eduardo Makoto Onaka

Resumo

Neste capítulo, são apresentados e discutidos os produtos químicos, usualmente, empregados na aquicultura mundial e também usados na piscicultura de água doce brasileira, para controle e/ou tratamento de diferentes agentes infecciosos e parasitários. Além disso, são destacados as forma de uso destes produtos, tratamento, tempo de sua carência e as recomendações relevantes para uso na piscicultura. Entretanto, a prevenção é a melhor maneira de se evitar problemas de enfermidades nos peixes durante o cultivo.

Abstract

This chapter presents and discusses the common products chemotherapeutic used in world aquicultura, which are also used in Brazilian fish farms for treatment of infectious and parasitic agents. The use these products chemotherapeutic in control and treatment these diseases, as well as the time to lack of each one are also emphasized here. Furthermore, are emphasized the products must be used with caution, under orientation and supervision of a qualified professional to decide on its necessity of its use in the control and treatment of diseases, as well as the concentration for each case were reported. However, the prevention is the best way to prevent problems of diseases on culture fish.

Introdução

O ambiente aquático de criatórios artificiais facilita a invasão dos peixes por agentes patogênicos graças à maior concentração de animais por unidade de espaço, quando comparada à de ambiente natural. Além disso, a limitação imposta aos predadores de peixes doentes também colabora para a perpetuação e difusão dos patógenos no ambiente. Diversos sinais de comportamento anormal causado por patógenos podem ser observados nos peixes enfermos, tais como a letargia (movimentação lenta), anorexia (falta de apetite), perda de equilíbrio (peixe nada em espiral ou vertical), agrupamento na superfície ou entrada d'água, respiração agitada (maior batimento opercular), produção excessiva de muco provocando uma aparência opaca, erosão na pele e/ou nadadeiras, brânquias inflamadas ou pálidas, abdômen inflamado e algumas vezes com de líquido sanguinolento ou não, ânus inchado e enrijecido, exoftalmia (proeminência ocular), apatia, peixes isolados do cardume e morte.

Os parasitos são as maiores causas de perdas econômicas nas pisciculturas em todo o mundo, levadas perdas econômicas significativas. Por exemplo, no Japão estas perdas passam dos US\$ 5,5 milhões (Hirazawa et al., 2001). No Brasil, ainda não se tem uma estimativa das perdas econômicas causadas por doenças nestas espécies. Porém, com o desenvolvimento da piscicultura e uso, há o crescente interesse de pesquisadores e criadores, no que se refere a estes prejuízos causados por mortalidade e problemas na produção de peixes, principalmente os nativos. Os cuidados na prevenção e controle das enfermidades para evitar perdas provocadas por doenças, infecciosas e parasitárias, em ambiente restritivo envolvem investimentos financeiros muito maiores se comparados aos sistemas extensivos. Assim, o monitoramento da criação e o manejo profilático devem ser constantes, pois sem que técnicas profiláticas sejam devidamente aplicadas nesses ambientes restritivos, as enfermidades podem ser fatores limitantes ao aumento nos ganhos econômicos.

Os parasitos podem provocar doenças e mortalidade indiretamente, já que favorecem a entrada de patógenos (bactérias, fungos e vírus), que muitas vezes são mais prejudiciais que eles próprios. Porém, estrutura de comunidades em associações de hospedeiro-parasito, é determinada por fatores como a idade, estrutura genética e hábitat da população hospedeira, bem como por interações entre as espécies de parasitos (Dobson & Keymer 1990). Assim, as enfermidades com ou sem mortalidades, em geral, não são mono-etiológicas. Contudo, para o desenvolvimento destas enfermidades, concorrem as más condições da água, o desequilíbrio fisiológicos do peixe, bem como a presença de agentes oportunistas e/ou patogênicos conviventes.

O tratamento de peixes parasitados deve ser realizado somente se estritamente necessário, uma vez que qualquer tipo de intervenção profilática ou terapêutica pode ocasionar estresse, o qual pode agravar ainda mais o estado de saúde desses animais, que muitas vezes podem estar bastante debilitados pela ação dos parasitos. Assim, deve ser usado sob a orientação e supervisão de um profissional capacitado, o qual deve decidir a necessidade de seu uso e as concentrações para o controle e tratamento das enfermidades.

A Figura 1 mostra alguns fatores que devem ser levados em consideração para a aplicação de qualquer produto em tanques/viveiros de cultivos ou aquários, com eficácia. Outros fatores como: níveis oxigênio dissolvido na água dos tanques/viveiros, níveis de amônia, pH, temperatura, densidade populacional, volume de água, teor de matéria orgânica e cálculos adequados do medicamento a ser usado, também devem ter atenção especial. Tais parâmetros físico-químicos da água devem ser monitorados antes e durante a aplicação de qualquer produto quimioterápico.

As concentrações usadas nos tratamentos antiparasitários, muitas vezes podem ser próximas da concentração letal para determinada espécie. Por isso, a Concentração Letal Média (CL_{50}) de cada substância deve ser previamente conhecida, para cada espécie de peixe, para que se possa assim realizar a profilaxia ou tratamento na criação. Essa determinação da toxicidade é feita com a exposição dos peixes a diferentes concentrações da substância de interesse, por um período de 24 a 96 horas (CL_{50} -24-96h). Com estes estudos de toxicidade, se obtém informações para se estabelecer a margem de segurança para uso do produto em determinada espécie, pois a duração de aplicação de cada produto é específica para cada espécie de peixe, idade e grupo de parasitos.

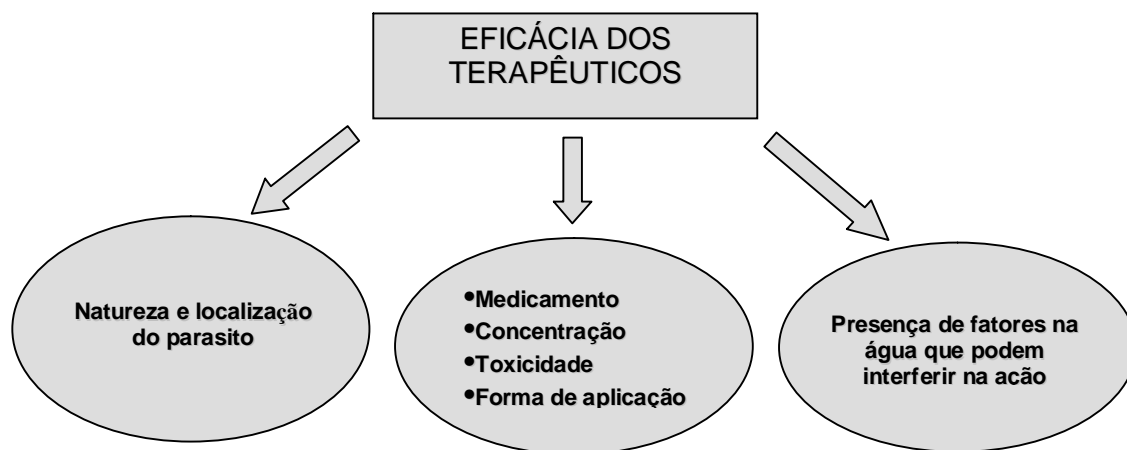


Figura 1. Importantes fatores a ser analisados antes do uso para controle e tratamentos parasitário em peixes na piscicultura.

Antes da aplicação de um produto nos tanques/viveiros, deve-se testá-lo em um pequeno lote de peixes, para evitar possíveis perdas do plantel. É importante salientar ainda, que todo e qualquer tratamento deve ser acompanhado por um profissional especializado e seguir normas de segurança que garantam a saúde do homem, quanto ao consumo desses peixes, além de evitar possíveis riscos de contaminação ambiental com a substância a ser usada.

As intervenções terapêuticas podem ser feitas através de diversas formas (Figura 2), mas os banhos de longa e curta duração, após diluição do terapêutico desejado, são os mais freqüentemente usados para tratamento de parasitos externos. Porém, a realização de tratamentos em tanques/viveiros de grandes dimensões é, geralmente, inviável do ponto de vista prático e econômico.

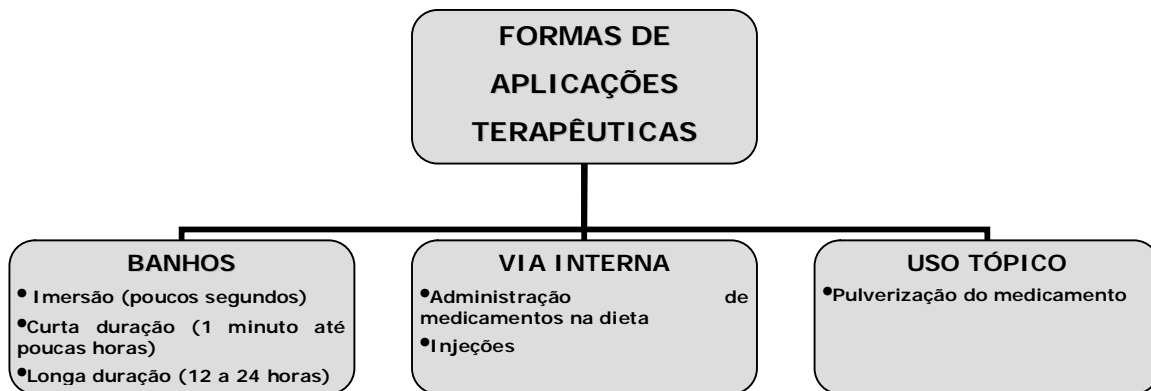


Figura 2. As diferentes formas de aplicação das substâncias terapêuticas em peixes.

Principais terapêuticos usados na aquicultura para patógenos e parasitos de peixes

Dependendo do agente patogênico, diferentes substâncias terapêuticas têm sido recomendadas para tratar peixes parasitos (Tabela 1). Porém, para aplicação em tanques/viveiros de grandes dimensões, muitos produtos são escolhidos devido ao baixo custo e facilidade na aquisição e aplicação, quando comparados a outros. Um exemplo disso é o sal (NaCl), que embora tenha elevado preço quando comparado ao sulfato de cobre e verde de malaquita (Carneiro et al., 2005), pode controlar

infestações causadas por diferentes parasitos, os quais o produtor não está apto a identificá-los, mas muitas vezes conhecem os sinais clínicos que os peixes apresentam. Porém, a aplicação incorreta de qualquer substância química como terapêutico, pode ocasionar aumento dos agentes patogênicos e estresse nos peixes, e por consequência mortalidade.

Portanto, em piscicultura, há sempre a necessidade de se obter informações prévias e precisas, para ter uma margem de segurança de qualquer produto químico para cada espécie peixe, garantindo a eficácia no controle e tratamento contra os parasitos e o sucesso na sobrevivência do plantel. Pois as informações sobre a concentração e a duração da exposição destes produtos não são específicas para cada espécie de peixe, tamanho (idade) e espécie de parasitos. Além disso, a concentração subletal de determinado produtos que pode ser usada para o peixe, nem sempre é letal para determinada espécie de parasito ou patógeno.

Tabela 1. Principais produtos usados na aquicultura para tratamento de patógenos em peixes de água doce e fatores que podem limitar sua aplicação em tanques/viveiros.

Substâncias	Principais patógenos	Fatores limitantes do uso
Cloreto de Sódio (NaCl) ou sal	<i>I. multifiliis</i> , <i>Trichodina</i> , <i>P. pillulare</i> , <i>Chilodonella</i> , <i>Argulus</i> , <i>Dolops</i> , fungos, Monogenea, Ergasilídeos, <i>Lernaea</i> , <i>Ichthyobodo necator</i> , <i>Flavobacterium</i>	Não há fatores conhecidos que impossibilitam o uso.
Permanganato de Potássio (KMnO ₄)	Monogenea, <i>Trichodina</i> , <i>Argulus</i> , <i>Dolops</i> , <i>Chilodonella</i> , <i>Ichthyobodo necator</i> , bactérias gram negativas	Não deve ser usado em água com pH < 5,0 e com excesso de matéria orgânica; reduz fitoplâncton; concentrações terapêuticas podem ser tóxicas para algumas espécies.
Sulfato de Cobre (CuSO ₄)	Monogenea, <i>Trichodina</i> , <i>P. pillulare</i> , <i>I. multifiliis</i> , <i>Chilodonella</i> , bactérias, fungos	Alcalinidade < 50 mg/L de CaCO ₃ aumenta toxicidade; alcalinidade > 250 mg/L de CaCO ₃ o produto é não efetivo; deixa resíduo de cobre nos tecidos por \approx 25-30 dias
Sulfamerazina	Antibiótico para bactérias do gênero <i>Pseudomonas</i>	Pode ser tóxica quando administrada na dieta em concentração > 220 mg/kg de peso corporal
Tetraciclina	Antibiótico para bactérias do gênero <i>Aeromonas</i> , <i>Pseudomonas</i> , <i>Edwardsiella</i>	
Cloramina-T	Monogenea, bactérias de pele e brânquias	Dose alta pode ser tóxica para algumas espécies. Dose usada depende do pH e dureza da água.
Formalina	Monogeneas, <i>I. multifiliis</i> , <i>P. pillulare</i> , <i>Trichodina</i> , <i>Chilodonella</i> , <i>Ichthyobodo necator</i> , <i>Argulus</i> , <i>Dolops</i> , fungos	Toxicidade aumenta em temperatura > 22°C.
Peróxido de Hidrogênio (H ₂ O ₂)	Monogenea, fungos, bactérias	Toxicidade aumenta em temperatura elevada e concentrações terapêuticas podem ser estressantes para algumas espécies.
Ácido acético	Monogenea, <i>Trichodina</i> , <i>Chilodonella</i>	
Diflubenzuron	<i>Lernaea</i> , <i>Argulus</i> , <i>Dolops</i>	
Praziquantel	Monogenea, Cestoda, Digenea	Não há fatores conhecidos que impossibilitam o uso.
Levamisol	Monogenea	
Albendazol	Monogenea	
Mebendazol	Monogenea	

Bactérias

Determinadas espécies de bactérias são potencialmente patogênicas para os peixes, principalmente em cultivo. Algumas espécies são consideradas oportunistas, uma vez que fazem parte da microbiota da água, pele, brânquias e intestino dos peixes, mas quando há um desequilíbrio no sistema bactéria-hospedeiro-ambiente, podem ocorrer epizootias. Por exemplo, *Edwardsiella tarda* uma bactéria emergente ocorre frequentemente no ambiente aquático e no intestino de peixes e outros vertebrados, porém em temperatura média de 30°C como as que ocorrem nas regiões tropicais, essa bactéria pode ser patogênica e causar a doença conhecida como septicemia dos peixes tropicais. Em peixes cultivados no Brasil, *Edwardsiella tarda* tem sido isolada em híbridos de pintado ou surubim (*Pseudoplatystoma fasciatum* x *P. curruscans*), *Colossoma macropomum*, tilápias *Oreochromis niloticus* e bagre do canal *Ictalurus punctatus* (Alexandrino et al., 1998/1999; Costa, 2004). Em tilápias (Muratori et al., 2001) e bagre do canal (Alexandrino et al., 1998/1999) esta bactéria causou septicemia e mortalidade.

Em geral, as bacterioses exigem a administração de antibióticos apropriados. *Flavobacterium columnare* isoladas de *I. punctatus*, *Ictalurus furcatus*, *Micropterus salmoides* e *Pimephales promelas* foram sensíveis a ampicilina, tetraciclina, cloranfenicol e eritromicina, mas resistente a gentamicina e neomicina (Shamsudin & Plumb, 1994). Alexandrino et al. (1998/1999) relatam que *E. tarda* coletadas de trutas arco-íris cultivadas foi sensível aos antibióticos tetraciclina, amoxilina, gentamicina e cloranfenicol, mas tetraciclina foi mais indicado para tratamento desta bacteriose. Contudo, o uso de cloranfenicol é proibido no Brasil, pois este antibiótico deixa resíduos que constituem um risco para a saúde do homem (Andrade et al., 2006), assim outros antibióticos são mais recomendados.

Bactérias do gênero *Pseudomonas*, *Flavobacterium*, *Aeromonas* e *Vibrio* isoladas de tainhas *Mugil platanus* foram sensíveis ao cloranfenicol, tetraciclina e oxitetraciclina (Sousa et al., 1999). Carnevia et al. (2003) demonstram em estudos *in vitro*, que *Aeromonas hydrophila* é resistente a antibióticos como a ampicilina, sulfatrimetoprim, cloranfenicol e tetraciclina, mas não a gentamicina e kanamicina. Em bagre do canal *I. punctatus*, a oxitetraciclina na dieta foi efetiva no tratamento de colunariose (Thomas-Jinu & Goodwin, 2004). Porém, em tilápias esse antibiótico causou imunodepressão e grave processo anemiante, após oito semanas de administração terapêutica na dieta dos peixes (Omeregbe & Oyeban, 2002). Além disso, várias dessas bactérias e outras (Sorum, 1999; Lima et al., 2006), tem sido descritas como resistentes a diferentes antibióticos, devido ao seu uso indiscriminado na aquicultura. Por isso, outros produtos vêm sendo também testados para o tratamento de infecções bacterianas. Contudo, recentemente foi demonstrado que bactérias *Aeromonas salmonicida*, isoladas de *Oreochromis niloticus*, *Brycon orbignyanus*, *Pseudoplatystoma coruscans* e *Rhamdia quelen*, não apresenta resistência ao florfenicol e biciclomicina (Godoy et al., 2008).

Em bagres do canal *I. punctatus* altamente infectados com *F. columnare* (colunariose), banhos com 2 mg/L de permanganato de potássio (KMnO₄), 1 mg/L de sulfato de cobre (CuSO₄), 75 mg/L de peróxido de

hidrogênio (H_2O_2) e 15 mg/L de cloramina-T, por tempo indefinido, causaram elevada mortalidade nos peixes (Thomas-Jinu & Goodwin, 2004). Isso indica que peixes altamente infectados não toleram altas doses desses quimioterápicos. Por isso, para bagre do canal com colunariose, o $KMnO_4$ tem sido recomendado somente para uso profilático, mas não para tratamento desta infecção (Darwish et al., 2009).

Para trutas-arco-iris *Oncorhynchus mykiss*, dois banhos semanais com 200 mg/L de H_2O_2 foram efetivos para a colunariose (Speare & Arsenault, 1997). Todavia, a toxicidade do H_2O_2 aumenta com a temperatura da água (Johnson et al., 1993), assim deve ser usado com cautela para peixes tropicais. Estudos recentes demonstraram que, para o tambaqui *Colossoma macropomum*, em temperatura média de 27°C, concentrações de até 126 mg/L de peróxido de hidrogênio não foram estressantes (Affonso et al., 2009).

Devido todos estes problemas com uso dos antibióticos na piscicultura, métodos alternativos no tratamento de algumas espécies de bactérias patogênicas para os peixes têm sido investigados. Nuñez et al. (2001) relatam atividade antimicrobica de extratos do eucalipto (*Eucalyptus* sp.), aroeira (*Schinus terebinthifolius*) e fedegoso-gigante ou mangerioba-do-pará (*Cassia alata*) contra *Aeromonas Salmonicida* e *Aeromonas hydrophila*, obtidas de peixes enfermos. Similarmente, Castro et al. (2008) encontraram atividade antimicrobica contra *Streptococcus agalactiae*, *F. columnare* e *A. hydrophila* em 31 extratos dos 40 investigados. Prieto et al. (2005) citam que 50 mg de extrato o alho por dia (*Allium sativum*), durante três dias consecutivos, tem o mesmo efeito que antibiótico que penicilina, em infecções causadas por *A. hydrophila* e *Pseudomonas fluorescens*. Em *Labeo rohita*, foi demonstrado que o uso de 1 g alho/kg de ração já suficiente para estimular o sistema imunológico, tornando os peixes mais resistentes a infecções por *A. hydrophila* (Sahu et al., 2007). Similarmente, Shalaby et al. (2006) recomendam que 3% de alho adicionado à ração para *O. niloticus*, além de auxiliar no crescimento reduz o número de bactérias e melhora a saúde dos peixes. Assim, no Brasil, tratamentos com estas substâncias naturais, farmacologicamente ativas, poderão ser uma alternativa viável para diminuir estes danos causados pelos antibióticos na aquicultura, bem como os gastos com tratamentos.

Tabela 2. Alguns antibióticos indicados para controle e tratamento de diferentes espécies de bacterioses em peixes.

Bactérias	Dose e Produto	Tratamento	Referências
<i>F. columnaris</i>	80 mg/Kg oxitetraciclina	Adicionado à ração	Thomas-Jinu & Goodwin (2004)
<i>F. columnaris</i>	200 mg/L H_2O_2	Banho: 60 min	Speare & Arsenault (1997)
<i>T. maritimum</i>	240 mg/L H_2O_2	Incubação <i>in vitro</i> : 24 horas	Avendaño-Herrera et al. (2006)
<i>E. tarda</i>	80 mg/Kg oxitetraciclina	Ração	Alexandrino et al. (1998/ 1999)
<i>A. hydrophila</i>	1 mg/L cloranfenicol+4 mg/L de NaCl	Banhos	Andrade et al. (2006)
<i>A. hydrophila</i>	4 mg/L cloranfenicol+4 mg/L NaCl	Banho	Andrade et al. (2006)

Fungos

As infecções fúngicas, são em geral, causadas pela baixa qualidade da água, má nutrição, danos de manejo, estresse por elevada densidade populacional, queda brusca de temperatura, estresse de reprodução e parasitos externos. Além disso, pode também ocorrer como infecção secundária, em consequência de bacterioses e viroses. A pele, nadadeiras e brânquias dos peixes de água doce e de estuários podem ser parasitadas por vários fungos, principalmente, Phycomycetos dos gêneros *Saprolegnia* (*S. diclina*, *S. ferax*, *S. parasitica*), *Achlya* (*A. debaryana*, *A. flagellata*, *A. klebsiana*), *Aphanomyces*, *Branchiomyces* (*B. sanguinis*, *B. demigrans*), *Exophiala* (*E. salmonis* e *E. psychrophilia*), *Pythium* e *Ichthyophonus*. No Brasil, a saprolegniose é a doença fúngica mais comum e ocorre frequentemente na época mais fria do ano (outono e inverno) nas regiões Sul e Sudeste. Na Amazônia, às elevadas temperaturas, não favorecem o surgimento de doenças fúngicas nos peixes, embora espécies patogênicas podem estar presentes no ambiente aquático.

Em *Ictalurus punctatus*, 25 mg/L formol foi efetivo tanto na profilaxia como tratamento da saproleniose, enquanto que 0,1 mg/L de sulfato de cobre (CuSO_4) e 5g de NaCl foram efetivos somente quando usados como profiláticos, pois não tiveram efeito no tratamento dos peixes doentes (Li et 1996). Em *Catla catla*, *Labeo rohita* e *Cirrhinus mrigala* parasitados por *S. parasitica*, banhos com 0,01 mg/L verde malaquita mostrou 95% de efetividade (Singhal et al., 1986). Estudos *in vitro*, com ovos de truta arco-iris, demonstraram que altas concentrações de verde malaquita (5 mg/L), formol (1,7 mg/L) tem atividade fungicida. Porém, 30 mg/L de NaCl e 200 mg/L de glutaraldeído são compostos mais efetivos, enquanto 100 mg/L de permanganato de potássio é mais eficiente quando em elevados níveis de infecção (Schreck et al., 1992). Outros produtos químicos indicados para tratamento de peixes com fungos estão na Tabela 3.

As doenças fúngicas, principalmente aquelas causadas por ficomicetes saprófitas, pode causar epizootias tanto em peixes de consumo como em peixes ornamentais, e o tratamento é difícil e oneroso (Prieto et al., 2005). Em trutas-arco-iris infectadas por *S. parasitica*, tratamentos com 50, 100 e 150 mg/L de formol reduziu em 40-59% a mortalidade dos peixes, quando comparados aos peixes não tratados (Gieseke et al., 2006). Porém, em geral, o formol pode ser tóxico para os peixes, dependendo da concentração usada e da espécie hospedeira. Além disso, a sua toxicidade aumenta com a temperatura, o que limita seu uso em regiões com temperaturas elevadas.

Assim, tem sido sugerido que tratamentos com extratos de plantas podem ser uma alternativa para uso em pisciculturas. Em uma recente revisão, Prieto et al. (2005) citam algumas plantas cujos extratos podem ser usados na piscicultura para o tratamento de doenças fúngicas: o alho (*A. sativum*), erva-de-bicho (*Polygonum hydropiper*), burra-leiteira (*Sapium sebiferum*), acalifa (*Acalypha australis*), arbusto cairatia (*Cayratia japonica*), artemisia (*Artemisia argyi*), morango silvestre (*Duchesnea indica*), helenio (*Helenium quadridentatum*), e cravo-da-Índia (*Syzygium aromaticum*). Além de algumas dessas plantas serem encontradas no Brasil, as sete primeiras supracitadas, segundo estes mesmo autores, também tem efeito bactericida

para espécies de bactérias patogênicas de peixes, o que torna seu uso viável e interessante.

Tabela 3. Produtos químicos indicados para tratamento de fungos em diferentes de peixes de água doce.

Hospedeiros	Dose e Produto	Tratamento	Referências
<i>Catla catla</i> , <i>Labeo rohita</i> e <i>Cirrhinus mrigala</i>	100 mg/L KMnO ₄	Banho: 5 min	Singhal et al.(1986)
<i>Catla catla</i> , <i>Labeo rohita</i> e <i>Cirrhinus mrigala</i>	30 mg/L NaCl	Banho: 2 min	Singhal et al.(1986)
<i>Catla catla</i> , <i>Labeo rohita</i> e <i>Cirrhinus mrigala</i>	20 mg/L CuSO ₄	Banho: 2 min	Singhal et al.(1986)
<i>Ictalurus punctatus</i>	25 mg/L formol	Na água	Li et al.(1996)
<i>Oncorhynchus mykiss</i>	100 mg/L formol	Banho: 4 h	Gieker et al.(2006)

Protozoários parasitos

A - *Ichthyophthirius multifiliis*

Este é o protozoário causador da ictiofitiríase, patologia conhecida como “doença dos pontos brancos”, e muito comum em peixes cultivados em pisciculturas de algumas regiões brasileiras, bem como em diversas partes do mundo. O controle e tratamento desta parasitose em tanques/viveiros, pode ser feito usando diversos quimioterápicos (Tabela 4), além de 10-15 mL de formol comercial (Moraes & Martins, 2004).

Em *Rhamdia quelen*, parasitados por *A. hydrophila* e *I. multifiliis* tratamentos com sal não iodado associado ao cloranfenicol ou à tetraciclina foram efetivos para ictiofitiríase (Andrade *et al.*, 2006), devido à ação do sal, como tem sido demonstrado por Miron *et al.*(2003), nesse mesmo bagre.

O sulfato de cobre (CuSO₄), produto amplamente utilizado no controle de algas em tanques/viveiro (Perschbacher, 2005), também tem sido usado para controle de infecções por *I. multifiliis*. Porém, análise prévia dos parâmetros físico-químicos da água é de grande importância se evitar toxicidade do sulfato de cobre (Martins, 2004; Perschbacher, 2005). Este produto não é recomendado para uso em águas com baixa alcalinidade (<50 mg/L CaCO₃), pois é muito tóxico para os peixes. Porém, em água com alcalinidade acima de 250 mg/L não tem qualquer efeito terapêutico.

A toxicidade do (CuSO₄) além de ser altamente influenciada pela alcalinidade, também sofre influência dureza da água, pois quando aplicado em águas com baixas concentrações de CaCO₃ (Wurts & Perschbacher, 1994; Straus, 2003; Adhikari, 2003) os íons cúpricos (Cu⁺⁺) causam sérios danos à fisiologia dos peixes. Nos peixes de água doce, a absorção do sulfato de cobre é feita na forma de Cu⁺⁺, que pode absorvido pela pele e/ou brânquias.

Mas o seu transporte é feito pelo sangue quando os íons Cu^{++} se ligam a proteínas e podem chegar até os tecidos hematopoiéticos, rim, baço e fígado (órgãos produtores de células sanguíneas), que podem ser comprometidos, assim como as brânquias.

Em geral, tem sido recomendada a aplicação de 1 mg de CuSO_4 para cada 100 mg de CaCO_3 na água. Entretanto, a sua toxicidade pode variar também entre as espécies de peixes e na dependência do tamanho dos animais. Assim, é importante conhecer a $\text{CL}_{50-96\text{h}}$ previamente estabelecida para a espécie a ser tratada. Schlenk (1998) relata que em *I. punctatus*, pode 0,4 mg/L de CuSO_4 pode ser usado durante cinco dias para tratamento de *I. multifiliis*, em água com elevada alcalinidade ($176,6 \pm 28,1$) e pH alcalino, mas o excesso de matéria orgânica na água tem mais efeito da eficácia deste químico que a alcalinidade. Portanto, a eficácia do CuSO_4 pode ser reduzida na presença de sólidos suspensos na água (Schlenk et al., 1998; Moraes & Martins, 2004).

Tabela 4. Produtos indicados para controle e tratamento de *I. multifiliis* em diferentes de peixes de água doce.

Hospedeiros	Dose e Produto	Tratamento	Referências
<i>Rhamdia quelen</i>	4 mg/L NaCl	-	Miron et al.(2003)
<i>Rhamdia quelen</i>	4 mg/L NaCl	Banho: 96 h	Andrade et al. (2006)
<i>Rhamdia quelen</i>	10 g/L NaCl	Banho: 192 h	Carneiro et al.(2005)
<i>Rhamdia quelen</i>	0,63 mg/L CuSO_4	Banho: 192 h	Carneiro et al.(2005)
<i>Poecilia sphenops</i> , <i>Xiphophorus helleri</i> e <i>Hyphessobrycon</i> <i>herbertaxelrodi</i>	5 g/kg quinina	Adicionado na ração	Schamahl et al. (1996)
<i>Steindachneridion</i> sp.	25 mg/L	Adicionado na água: 7 dias	Klein et al. (2004)

Em *O. niloticus*, banhos de 10 minutos com sal a 3,0% ou 50 e 250 mg de formol não foram eficientes no tratamento da ictioftiríase (Vargas et al., 2003). Klein et al. (2004) relataram que em surubim *Steindachneridion* sp. infectados com *I. multifiliis*, tratamento com sal a 3% e permanganato de potássio não foram eficientes quanto 25 mg/L de formol. Por outro lado, 250 mg/L de formol mais foi eficiente que 25 mg/L, mas nesta alta concentração sobrevivência dos peixes foi menor. Estudos em *C. macropomum* demonstraram que formol nas concentrações de 100 e 150 mg/L durante 30,60 e 120 minutos, bem como nas concentrações de 200 e 250 mg/L, até 30 minutos, não comprometem a homeostasia dos peixes, ao contrário do que ocorre com 200 e 250 mg/L quando em banhos prolongados (Araújo et al., 2004). Esses resultados sugerem que dependendo da dose do produto e

do tempo de exposição, o formol é tóxico para os peixes, e consequentemente causa estresse e alterações fisiológicas.

Para o tratamento da ictioftiríase, foi sugerida a associação de verde de malaquita com formol, para reduzir surtos de mortalidade dos peixes (Figueira et al., 1991). Em alevinos de *P. mesopotamicus*, após 72 horas de tratamento a combinação formol (1,0%) e verde malaquita (0,015%) foi mais efetiva que o uso do formol ou verde malaquita, apenas (Alcântara et al., 1994). Para larvas e alevinos de jundiá *Ramdia* sp., foi sugerido o uso de 3 mg/L de NaCl ou solução de verde malaquita (25 mL/1000 litros de água) com formol (4 g de verde malaquita diluído em um litro de formol 40%) para o controle de *I. multifiliis*, mas para o tratamento com 6 mg/L de NaCl ou 10 mL/1000 litros de água de verde malaquita com formol, durante cinco dias contínuos (Brito et al., 2000). Contudo, o verde malaquita não é recomendado para uso em peixes de consumo em diversos países, pois além de acumular nos tecidos dos peixes causando grande risco ao consumo pelo homem (Jiang et al., 2009), pois considera-se que este químico é teratogênico e carcinogênico (Schamahl et al., 1996; Pironet & Jones, 2000; Diggles, 2000; Jiang et al., 2009). Assim, verde malaquita tem sido usado somente para tratar protozoários (*I. multifiliis*, *Trichodina* sp., *Chilodonella* sp.) em peixes ornamentais, adicionado à ração (Schamahl et al., 1996).

Devido às várias limitações destes produtos químicos, esforços têm sido direcionados para os extratos de plantas para tratar peixes parasitados por *I. multifiliis*, com alguns resultados promissores. Em *Carassius auratus auratus*, banhos de 72 horas com 200 mg/L de mucuna-preta (*Mucuna pruriens*) ou com papaia (*Carica papaya*) reduziram em 90% o número de *I. multifiliis*, enquanto tratamento *in vitro* com 150 mg/L de mucuna-preta ou 200 mg/L de papaia causou a mortalidade de 100% dos parasitos (Ekanem et al., 2004). Prieto et al. (2005) sugerem que extratos de pinheiro do gênero *Pinus* e alho (*A. sativum*) também podem ser usados para controle e tratamento de *I. multifiliis* em peixes cultivados.

B - Piscinoodinium pillulare

A maioria dos parasitos frequentes nas pisciculturas é considerada organismos comensais e só em condições propícias, que em geral, são fornecidas por este ambiente, exercem o parasitismo propriamente dito em peixes de cultivo. O *P. pillulare* que embora seja encontrado nos peixes, também está presente no substrato dos tanques de criação. Esse dinoflagelado é primitivo, e tem como uma de suas características marcantes, a presença de cloroplastos (Lom, 1981), os quais poderiam ter função de fotossíntese e, nesse caso, o parasitismo pode não ser obrigatório, sendo o peixe apenas mais um substrato para sua fixação.

Todavia, causam hemorragias petequiais no tegumento, degeneração e necrose das células afetadas, podendo haver inflamação. Quando nas brânquias, provocam hiperplasia interlamelar nas lamelas secundárias, diminuindo da capacidade respiratória. Em poucos dias pode haver mortalidade maciça nos peixes da piscicultura, altamente parasitados (Onaka, 2009).

O controle das infecções causadas por *P. pillulare* em tanques/viveiros pode ser feito com cloreto de sódio e formol, de modo similar ao tratamento para

ictioftiríase (Moraes & Martins, 2004). Em *O. niloticus*, banhos com solução de formol a 4,0% por três dias, durante 30 minutos, mostraram bons resultados no controle deste protozoário (Muratori et al., 2000), mas 25 mg/L foram tóxicas e causaram anemia e hiperglicemia (Omeregíe et al., 1994). Essa hiperglicemia indica sinais de estresse causado pelo produto.

O sulfato de cobre também pode ser usado no tratamento de *P. pillulare*, mas esse produto é contaminante do ambiente aquático, exercendo diferentes efeitos agudos e crônicos em populações de peixes. Ele pode danificar as brânquias, fígado e rim dos peixes (Sanchez et al., 2005) tratados, bem como causar alterações fisiológicas (Tavares-Dias et al., 2002). O uso deste quimioterápico deve ser parcimonioso, pois sua toxicidade varia entre as espécies de peixes (Sanchez et al., 2005) e esse agente que exerce efeitos estressantes, pode comprometer a sobrevivência e o desempenho zootécnico dos peixes, em particular das espécies que preferem viver no fundo do tanques/viveiros.

C – *Trichodina* sp.

As infecções causadas por *Trichodina* sp. (tricodiníase) podem ser tratadas com sal (NaCl) ou formol (Tabela 5). Em *Astyanax bimaculatus*, infectados por *Trichodina* sp., banhos com formol ou verde malaquita foram efetivos no tratamento, mas a combinação formol e verde malaquita foi mais eficaz que ambos produtos isolados (Alcântara et al., 1993). Em alevinos de *P. mesopotamicus*, banhos de formol (0,017% ou 0,025%) combatem os parasitos, mas são letais para os peixes (Ceccarelli et al., 1993). Porém, sugere-se que o controle da tricodiníase pode ser feito com os mesmos produtos utilizados para o controle de outros protozoários, desde que se mantenha o cuidado com a temperatura e a qualidade da água no momento da aplicação. Todavia, o acompanhamento sanitário da criação e aplicações profiláticas de 40 a 100 mg de cloreto de sódio/L de água possui ação (Moraes & Martins, 2004), pois dosagens inferiores a essas não são efetivas na eliminação desses protozoários.

Vargas et al. (2003) relataram que em *O. niloticus*, banhos de 10 minutos com cloreto de sódio a 3,0% reduziu o número de *Trichodina* sp., mas não eliminou o parasito à semelhança do que ocorreu com 250 mg de formol. Para tratamento da tricodiníase, no peixe marinho *Colistium nudipinnis*, foi demonstrado que 200 mg/L de formol eliminou os parasitos e promoveu a sobrevivência de 100% dos peixes, mas uma menor concentração de formol (25 mg/L) quando associada ao verde malaquita (0,08mg/L) também teve efeito similar; enquanto 3 mg/L de CuSO_4 causou 100% de mortalidade dos peixes sem eliminar os parasitos (Diggles, 2000). Contudo, este autor utilizou CuSO_4 em água alcalina, mas sem descrever a alcalinidade e dureza da água para esse tratamento com o CuSO_4 .

Em *Anguilla anguilla*, criadas em sistema de recirculação, concentrações de formol variando de 50 a 120 mg/L podem ser efetivas no tratamento de tricodiníase, mas não controlam a infecção, assim como 200 mg/L de extrato de alho (Madsen et al., 2000). Portanto, em peixes mantidos em tanques/viveiros os resultados poderam ser mais significativos.

Tabela 5. Produtos indicados para controle e tratamento de *Trichodina* sp. em diferentes espécies de peixes.

Hospedeiros	Dose e Produto	Tratamento	Referências
<i>H. molitrix</i>	3 g/L NaCl	Banho: 10 min	Singhal et al. (1986)
<i>C. mrigala</i>	3 g/L NaCl	Banho: 10 min	Singhal et al. (1986)
<i>H. molitrix</i>	0,005 mg/L formol	Banho: 10 min	Singhal et al. (1986)
<i>C. mrigala</i>	0,005 mg/L formol	Banho: 10 min	Singhal et al. (1986)
<i>H. molitrix</i>	0,001 mg/L ácido acético	Banho: 10 min	Singhal et al. (1986)
<i>C. mrigala</i>	0,001 mg/L ácido acético	Banho: 10 min	Singhal et al. (1986)
<i>P. mesopotamicus</i>	0,017-0,025% formol	Banho: 30 min	Ceccarelli et al. (1993)
<i>P. mesopotamicus</i>	250 mg/L formol	Banho: 30-60 min	Ceccarelli et al. (1993)
<i>C. nudipinnis</i>	200 mg/L formol	Banho: 30-60 min	Diggles (2000)
<i>A. bimaculatus</i>	0,0025% formol	Banho: 72 h	Alcântara et al. (1993)
<i>A. anguilla</i>	1 mg/L verde malaquita	Banho: 3 h	Madsen et al. (2000)
<i>A. anguilla</i>	20 mg/L KMnO ₄	Banho: 3 h	Madsen et al. (2000)
<i>A. anguilla</i>	200 mg/L extrato alho	Banho: 3 h	Madsen et al. (2000)
<i>A. anguilla</i>	50 Cloramina T	Banho: 3 h	Madsen et al. (2000)
<i>A. anguilla</i>	85 mg/L formol	Banho: 3 h	Madsen et al. (2000)

H. molitrix: *Hypophthalmichthys molitrix*; *C. nudipinnis*: *Colistium nudipinnis*

Mixosporídeos

Os mixosporídeos são parasitos de diversos órgãos dos peixes e a maioria destes parasitos ataca somente uma única espécie. Entretanto, uma espécie de peixe pode albergar dezenas de espécies de mixosporídeos (Békési et al., 2002). O tratamento para mixosporídeos é muito difícil, devido à formação de cistos nos tecidos (pele, brânquias, coração, músculos, rim, baços, fígado, gônadas, e outros) e estes cistos impedem a penetração de medicamentos. Além disso, os esporos dos mixosporídeos podem viver por longo tempo, alguns chegam a durar mais de um ano. Em geral, deve ser eliminado o estoque infectado, nos casos de infecção muito grave, e erradicar os parasitos dos tanques/viveiros, uma vez que não há tratamento efetivo. Singhal et al. (1986) sugerem que tanques/viveiros com infecção por mixosporídeos devem ser secos e desinfetados com 1 mg/L de permanganato de potássio ou 1 mg/L de hidróxido de cálcio.

Em geral, as espécies de mixosporídeos que infectam os peixes cultivados no Brasil, não causam mortalidade como ocorre em outras doenças parasitárias. Apesar dos poucos conhecimentos para tratar infecções por mixosporídeos (mixosporidiose), tem sido sugerido que em *P. mesopotamicus* o controle de *Henneguya piaractus* com óxido de cálcio (14g/L) pode reduzir os esporos (Moraes & Martins, 2004). Para *Myxobolus* sp. em *C. mrigala* e *Channa punctatus*, 1-10 mg/L de hidróxido de cálcio, 20 mg/L de permanganato de potássio ou 0,004 mg/L de formol pode eliminar 100% dos esporos (Singhal et al., 1986). Hirazawa et al. (2001) usando estudos *in vitro*, verificaram que 1 mM

de ácido de caprilico, extraído do óleo de coco ou outro óleo comestíveis, eliminou os esporos de *Kudoa shiomitsui*, mixosporídeo de peixes marinhos.

Crustáceos parasitos

Os crustáceos podem causar sérios danos, principalmente, em peixes cultivados. Há registros de crustáceos causando problemas em diversas espécies em cultivo em países de todos os continentes. No Brasil, a *Lernaea cyprinacea* encontra-se amplamente disseminada nas pisciculturas de quase todas as regiões. Por isso, é um dos parasitos causando prejuízos aos criadores e peixes (Tóro et al., 2003; Pavanelli et al., 2008). Infestações maciças tornam os peixes completamente desfigurados e são rejeitados pelos consumidores devido ao seu aspecto. Os peixes altamente parasitados se chocam contra as paredes do tanque, sobem à superfície e se aglomeram na entrada da água e apresentam-se apáticos, anoréticos e com hemorragias puntiformes no corpo (Moraes & Martins, 2004). Consequentemente, a ocorrência de infecções secundárias por bactérias e/ou fungos é relativamente comum nesses peixes parasitados.

Para o controle da enfermidade de parasitos crustáceos o ideal é o acompanhamento constante e a prevenção, para impedir a contaminação ambiental, pois o tratamento não é adequado por várias razões. Há recomendações para o uso de banhos com organofosforados como 0,25 mg/L de triclorfon e neguvon, mas há o risco da contaminação ambiental e o desenvolvimento de resistência pelo parasito (Tonguthai, 1997; Moraes & Martins, 2004). Outro organofosforado recomendado é o folidol, na concentração de 0,25 mg/L de água em quatro tratamentos semanais ao longo de 30 dias, onde as formas juvenis dos parasitos são totalmente eliminadas.

Para *L. cyprinacea*, a associação de folidol com ascículas de pinus (*Pinnus elliot*) foi avaliada com relativo sucesso em *P. lineatus*, *P. masopotamicus*, *C. macropomum* e híbrido tambacu (Vilem et al., 1998). Estudos *in vitro*, demonstraram que resina este de pinus foi efetiva para matar *L. cyprinacea* e concentração subletal para tratamento de *Leporinus piaui* com esta substância deve ser abaixo de 200 mg/L (Toró et al., 2003).

Foi demonstrado que em *P. mesopotamicus* o tratamento com 200 g de diflubenzuron/m³ de água eliminou 100% dos parasitos presentes nos peixes. O diflubenzuron além de não ser tóxico para o animal inibe a formação de quitina (Moraes & Martins, 2004). Recentemente, após avaliar a toxicidade do diflubenzuron (5-500 mg/L) para alevinos de jaú *Zungaro zungaro*, Pelli et al. (2008) consideraram que este produto pode ser usada na piscicultura, para outros peixes também. Como produtos os químicos para controle de parasitoses quando não causam estresse nos peixes podem prejudicar o meio ambiente aquático, assim há necessidade de métodos alternativos para controle de parasitos crustáceos, bem como de outras doenças parasitárias.

Outros crustáceos importantes na piscicultura são os ectoparasitos do gênero *Argulus* e *Dolops*, também conhecidos como carrapatos ou piolhos de peixes. Cosmopolitas, ocorrem tanto em peixes de água doce como salgada. No hospedeiro, localizam-se em geral na superfície do corpo, nadadeiras e brânquias. Em aquário ou caixa de água, com peixes infectados é mais fácil

observar os ovos nas paredes, do que os animais adultos sobre os hospedeiros. Após um período de incubação de 10 a 20 dias, os jovens argulídeos liberam-se e nadam à procura de um peixe hospedeiro.

Os efeitos das infestações por argulídeos podem ser tanto diretos quanto indiretos. Os diretos estão associados às lesões causadas no tegumento dos peixes, com ruptura da integridade da epiderme e conseqüente instalação de infecção secundária, por microrganismos oportunistas. Os efeitos indiretos estão relacionados ao estresse, que quando crônico pode causar imunossupressão, tornando os peixes susceptíveis a outras infecções. Além disso, quando os peixes estão altamente parasitados, a mortalidade no cultivo é normalmente devido ao desequilíbrio iônico provocado por estes parasitos, bem como pelo aumento da susceptibilidade às infecções secundárias (Castro & Fernandes, 2009).

Infecções por argulídeos são difíceis de prevenir ou tratar. No caso de aquários, a primeira indicação de problemas são os ovos aderidos no vidro. Porém, em tanques/viveiros essa constatação é feita, geralmente, após observado o parasito no corpo dos peixes. O tratamento pode ser feito então com banhos de neguvon ou triclorfon. No caso de aquários, o mais conveniente é enchê-lo com uma solução de hipoclorito de sódio a 5%, por 10 horas. Os tanques ou viveiros com grande infecção devem ser drenados e o fundo coberto com óxido de cálcio, por 2-3 dias. Contudo, o formol, independente da dose aplicada, não é efetivo no tratamento de *Argulus* sp. (Souza & Afonso, 1993), bem como de outros crustáceos.

Tabela 7. Produtos indicados para controle e tratamento de infestações causadas por crustáceos argulídeos do gênero *Dolops* e *Argulus*, em diferentes peixes de água doce.

Hospedeiro	Dose e Produto	Tratamento	Referências
<i>Catla catla</i>	3 g/L NaCl	Banho: 2 -5 min	Singhal et al. (1986)
<i>C. idella</i>	3 g/L NaCl	Banho: 2 -5 min	Singhal et al. (1986)
<i>Labeo rohita</i>	3 g/L NaCl	Banho: 2 -5 min	Singhal et al. (1986)
<i>H. molitrix</i>	3 g/L NaCl	Banho: 1 -2 min	Singhal et al. (1986)
<i>C. mrigala</i>	3 g/L NaCl	Banho: 1-2 min	Singhal et al. (1986)

Nas carpas *Catla catla*, *C. idella* e *Labeo rohita*, banhos de 2 a 5 minutos com cloreto de sódio 3,0% reduz em 97% a infestação de *Argulus indicus*; enquanto em *Hypophthalmichthys molitrix* e *Cirrhinus mrigala*, banho de apenas 1 a 2 minutos foi suficiente para eliminação desse crustáceo. O início da infestação pode ser controlado com banhos de 0,01 mg/L de ácido acético, por 5 minutos. Porém, 0,5 mg/L de permanganato de potássio reduz somente 60% dessa infestação (Singhal et al., 1986), indicando que possivelmente uma maior concentração poderia apresentar melhores resultados. Assim, em tanques ou aquários de pequenas dimensões a utilização de banhos diários de cloreto de sódio de 1,0 a 3,0% elimina os

parasitos da superfície corporal dos peixes (Moraes & Martins, 2004). De forma, para controle da parasitose podem ser usados os mesmos produtos que são usados para tratar a lerneose, mas apesar da redução dos parasitos com o tratamento, os peixes podem apresentar alterações fisiológicas.

Em *C. carpio* o tratamento com 2,5 g/L de neguvon, em banhos de 10 minutos, para *Argulus* sp., aumentou o número de eritrócitos e leucócitos, concentração de hemoglobina (Ranzani-Paiva et al., 1987) e os valores plasmáticos de sódio e potássio (Ranzani-Paiva et al., 1989). Similarmente, em *P. mesopotamicus*, tratamento com 0,4 mg/L de triclorfon para argulose provocou redução do número de eritrócitos e concentração de hemoglobina (Tavares-Dias et al., 1999). Entretanto, as alterações fisiológicas podem variar com a espécie de peixe e o produto empregado no tratamento dessas parasitoses.

Monogenoidea

Peixes recém obtidos, de qualquer origem, devem ser examinados e tratados antes de ser introduzidos em tanques/viveito ou aquários contendo animais sadios. O controle e tratamento desses helmintos parasitos podem ser feito com diferentes substâncias (Tabela 6). Porém, o tempo e forma de tratamento são variáveis, pois diferentes espécies de peixes têm grau de tolerância distinto aos produtos químicos, assim como os monogenóides.

Estudos demonstraram que 5,0 mg/L de mebendazol aplicado na forma de banhos com 24 horas de duração, apresentou 100% de eficácia em carpas *Cyprinus carpio* e 81,3% no pacu, *P. mesopotamicus* na eliminação de monogenóides. A diferença de eficácia do produto entre os dois peixes provavelmente se deva ao fato de que o pacu é mais susceptível ao parasito do que a carpa (Moraes & Martins, 2004). Em pacus esse tratamento causou aumento do hematócrito, concentração de hemoglobina e percentual de trombócitos e linfócitos, na dependência na dose empregada (Martins et al., 2001). Por outro lado, em *Pagrus pagrus*, banho de uma hora com 400 mg/L de mebendazol não teve efeito na infestação branquial por *Microcotyle* sp. (Katharios et al., 2006), pois esse antihelmintífico é mais efetivo contra esse monogenético quando administrado na dieta.

Em juvenis de *C. macropomum*, banhos de 15, 30, 45 e 60 minutos com 250 mg/L de permanganato de potássio não tiveram efeitos sobre a infestação de monogenóides *Anacanthorus spathulatus* e *Notozothecium janauchaensis*. Porém, tratamento com 250 mg/L nessas mesmas condições, mostrou que banhos de 60 min tiveram maior eficácia (Porto et al., 2005). Em peixes marinhos, *Glaucosoma hebraicum*, banho de cinco horas com 1,1 mg/L de triclorfon ou com 150 mg/L de formol, por uma hora, não foram efetivos no tratamento de monogenóides da subfamília Axininae, enquanto banho com 1,25 mg/L de triclorfon, por 15 horas, foi parcialmente efetivo e matou 50% dos peixes. Porém, 4,2 mg/L de permanganato de potássio causou mortalidade de 100% dos peixes (Pironet & Jones, 2000), mostrando ser altamente tóxico para esse peixe de água salgada.

Tabela 6. Produtos indicados para controle e tratamento de diferentes espécies de Monogenoidea de peixes.

Monogenoidea	Dose e Produto	Tratamento	Referências
<i>Pseudodactogirus</i> sp.	1 mg/L mebendazol	Banho: 24 h	Buchamann & Bjerregaard (1990)
<i>P. anguillae</i> , <i>P. bini</i>	2-20 mg/L KMnO ₄	Banho: 5 h	Umeda et al. (2006)
<i>P. anguillae</i> , <i>P. bini</i>	2,4-3,4 g/L NaCl	Banho: 5 h	Umeda et al. (2006)
<i>P. anguillae</i> , <i>P. bini</i>	24-60 mg/L cloramina-T	Banho: 5 h	Umeda et al. (2006)
<i>Gyrodactylus</i> sp.	25 mg/L mebendazol	Banho: 12 h	Tojo et al. (1992)
<i>A. penilabiatus</i>	10 mg/L mebendazol	Banho: 24 h	Martins et al. (2001)
<i>Dawestrema</i> sp.	100 mg/L mebendazol	Banho: 30 min	Cavero et al. (2002)
<i>Haliotrema abaddon</i>	2 mg/L praziquantel	Banho: 30 h	Stephens et al. (2003)
<i>A. penilabiatus</i>	10 mg/L levamisol + 10mg/L mebendazol	Banho: 24 h	Onaka (2001)
<i>Linguadactyloides</i> sp.	250 mg/L formol	Banho: 30-60min	Ceccarelli et al. (1993)
<i>Microcotyle</i> sp.	400 mg/L formol	Banho: 60 min	Katharios et al. (2006)
<i>Zeuxapta seriola</i>	300 mg/L H ₂ O ₂	Banho: 10 min	Mansell et al. (2005)
<i>A. penilabiatus</i>	7 mg/L paration	Banho: 16-24 h	Cruz et al. (2008)

Estudos em *P. mesopotamicus* com dactilogirose demonstram que banhos com cloreto de sódio (NaCl) a 22,8%, durante 10 minutos, foi eficiente no tratamento, enquanto dosagens a partir de 55,0% mostraram-se letais para os peixes, pois os animais apresentaram hemorragia branquial, desprendimento das mucosas e opacidade da córnea (Ceccarelli & Oliveira, 1986). Em pirarucu *Arapaima gigas*, banhos com NaCl a 2% ou 4,0% por 20 min foram pouco efetivos no tratamento para *Dawestrema* sp. e causou grande mortalidade nos peixes (Cavero et al., 2002). Porém, em *O. niloticus* banhos de 10 minutos com 3 g/L de cloreto de sódio ou 250 mg/L de formol reduziram o número de *Gyrodactylus* sp., mas não de *Dactylogyrus* sp. (Vargas et al., 2003), enquanto tratamentos com 2,5-3,4 g/L de sal para oncomiracídios de *Pseudodactylogyrus anguillae* e *P. bini* foram efetivos (Umeda et al., 2006). Estes resultados sugerem que o sal tem pouco efeito no tratamento de monogenóides adultos, mas pode eliminar oncomiracídios.

Em *P. mesopotamicus* jovens parasitados com adultos de *Linguadactyloides* sp., com banhos de 0,025% formol por 30 ou 60 minutos, foram eficazes (Ceccarelli et al., 1993). Por outro lado, banhos com 25 mg/L de formol, durante 10,5 horas foram pouco feitos na eliminação de *Haliotrema abaddon*, das brânquias de *G. hebraicum* (Stephens et al., 2003). Porém, concentrações mais elevadas de formol (250-300 mg/L) também não matam 100% desta e de outras espécies de monogenóides marinhos e ainda podem ser tóxicas para os peixes.

Em *G. hebraicum*, exposto a 15 mg/L de triclorfon, por duas horas, para tratamento de *H. abaddon* houve elevada toxicidade sem eliminação do parasito (Stephens et al., 2003). Similarmente, triclorfon em concentrações de 0,2; 0,5 e 1,0 mg/L, em única aplicação, teve pouco efeito em

oncomiracídeos de *P. anguillae* e *P. bini*. Porém, permanganato de potássio e cloramina-T eliminam os oncomiracídeos, mas não seus ovos. Assim, é necessário tratamento durante vários dias seguidos para eliminar esses parasitos, quando qualquer um desses três produtos é usado contra monogenóides (Umeda et al., 2006). Para enguias *Anguilla anguilla* infectadas por monogenóides, concentrações terapêuticas de permanganato de potássio e cloramina-T foram altamente tóxicas (Madsen et al., 2000). Similarmente, na Austrália, para eliminar monogenóides de *Seriola lalandi*, comumente tem sido usado 300 mg/L de peróxido de hidrogênio, mas este produto é estressante para esse peixe (Mansell et al., 2005), bem como para outras espécies, dependendo da espécie, concentrações usadas e da temperatura.

Métodos terapêuticos alternativos também têm sido testados para eliminar monogenóides. Hirazawa et al. (2001) relata que 1 mM de ácido de caprilico eliminou oncomiracídeos e adultos de *Benedenia seriolae*, *in vitro*. Em *P. mesopotamicus*, o uso de 2000 mg de alho/kg de ração, por 15 dias, reduziu em até 50,0% a quantidade de *A. penilabiatatus* nas brânquias dos peixes parasitados (Martins et al., 2002b). Neste mesmo hospedeiro, tratamento 2,9 mg/L de extrato aquoso de folhas de nim (*Azadirachta indica*), por 120 horas, eliminou 89,2% dos monogenóides *A. penilabiatatus* nas brânquias dos peixes (Cruz et al., 2008).

Extrato de santa-bárbara ou paraíso (*Melia azedarach*) tem sido testado com sucesso para tratar monogenóides de peixe marinho no Brasil (Osoria, 2003). Recentemente, Valentim-Zabott et al. (2008) relataram que o uso de um complexo homeopático (Homeopatila RS®) na ração de pós-larvas de *O. niloticus* eliminou os pasitos *Gyrodactilus* e *Trichodina* sp.

Nematóides

Levantamentos recentes indicam que existem inúmeras espécies de nematóides, os quais podem ser encontrados em peixes dulciaquícolas no Brasil (Vicente & Pinto, 1999; Onaka, 2009). Os nematóides adultos podem viver tanto no trato digestório como nas cavidades corporais do hospedeiro. A fertilização é interna, pela inserção dos espículos do macho na vagina da fêmea. Os machos geralmente possuem papilas e uma bolsa ou ventosa genital para se copular com as fêmeas, e dependendo da espécie as fêmeas são ovíparas ou vivíparas. Apresentam quatro estágios larvais antes de atingir a fase adulta e, no caso dos parasitos de peixes, o primeiro estágio larval é livre na água e os demais estágios são parasitários.

Os danos causados ao hospedeiro dependem da espécie do nematóide, do órgão invadido e do número de parasitos (Thatcher & Neto, 1994; Onaka, 2009). As infecções por nematóides retardam o crescimento dos peixes e causam grave patogenia (Prieto et al., 2005), e até mesmo a morte; situações indesejáveis em uma piscicultura. Infecção hepática causada por *Neocucullanus neocucullanus*, pode causar perfuração no estroma do órgão, desorganização tecidual e grave processo inflamatório nos peixes infectados (Rodrigues et al., 2002). Contudo, *Rodonion rondoni* são parasitos freqüentemente encontrados em grande número no trato digestório de peixes, mas parecem não causar prejuízos à saúde dos peixes infectados (Cecarelli et al., 1990; Martins & Urbinati, 1993; Dias et al., 2004),

independente da quantidade de parasitos no hospedeiro (Martins & Urbinati, 1993).

Nematóides com cutícula espinhosa penetram na mucosa gastrointestinal causando hemorragias e severa reação inflamatória, como é o caso do *Goezia leporini* (Anisakidae) encontrado parasitando o trato digestório de *Leporinus macrocephalus* de criação. Este parasito causou grave anemia, com redução do hematócrito e concentração de hemoglobina, além de anisocitose e poiquilocitose, devido às ulcerações hemorrágicas provocadas no hospedeiro (Tavares-Dias & Moraes, 2004; Martins et al., 2004).

Os parasitos nematóides podem ter ou não especificidade, sendo que um não específico pode utilizar um vasto número de espécies de hospedeiros distinto (Pavanelli et al., 2000). Por exemplo, *R. rondoni* comumente encontrado em pacu *P. mesopotamicus*, também tem sido descrito em várias outras espécies de peixes (Parra et al., 1997), e tratamento com 20 ou 40 mg de fembendazol/kg de ração não foi eficaz no tratamento deste nematóides neste peixe (Parra et al., 1997).

Há poucos estudos sobre tratamentos contra nematóides. Porém, para espécies encontradas no Brasil estes são quase inexistentes, pois o tratamento contra nematóides é difícil, principalmente, em pisciculturas. Contudo, o ciclo de vida desses parasitos pode ser interrompido com tratamentos de 0,5-1,0 mg/L de dipterex (Tonguthai, 1997).

Em recente revisão, Prieto et al. (2005) relataram que diversas substâncias medicinais têm sido usadas com sucesso no tratamento contra vários nematóides, em Cuba e no México. Sementes de papaia (*C. papaya*) têm efetividade contra *Cucullanus* sp., parasitando tilápias. Tratamento único com de 200 mg/L de alho (*A. sativum*) ou cebola (*Allium cepa*) mostraram bons resultados no tratamentos contra *Capillaria* sp. e *Spirocamallanus* sp., em tilápias e carpas. Similarmente, a castanha (*Castanea sativa*) quando moída e diluída água foi também um bom anti-helmintico contra *Capillaria* sp. e *Spirocamallanus* sp. Tratamento em única dose de 10 g/L com erva-de-Santa-Maria (*Chenopodium ambrosioides*), também eliminou 92% dos ovos de nematóides. Portanto, como estas espécies de nematóides também parasitam são encontrados no Brasil, bem como as plantas com princípios farmacologicamente ativos, assim estas poderão ser usadas na piscicultura. Contudo, são necessários estudos mais detalhados sobre as concentrações efetivas contra cada espécie de nematóide, como também sobre a toxicidade da erva-de-Santa-Maria para os peixes.

Considerações finais

No Brasil, há falta de informações sobre os cuidados adequados para impedir a invasão dos patógenos na criação. Assim, produtores não incluem a construção de quarentenários e não exige certificação sanitária de doenças nos peixes que adquirem. Consequentemente, pode ocorrer então uma disseminação de agentes, potencialmente, perigosos na piscicultura. Na tentativa de minimizar os prejuízos causados pelas enfermidades, têm sido utilizados vários produtos terapêuticos. No entanto, muitas vezes estes produtos também apresentam resultados, geralmente, prejudiciais à produção. Estes resultados ocorrem quando é feito de forma indiscriminada o

uso dos produtos, com cálculos errôneos da quantidade de aquisição e uso. Além disso, não é respeitado o tempo de carência para consumo dos peixes tratados com estes produtos, e por fim desistem da atividade.

Outro fato preocupante é que, atualmente no Brasil, tem sido registrado e liberado a utilização de produtos químicos, por os órgãos responsáveis pela fiscalização do uso destes produtos na aquicultura, os quais normalmente têm causado efeitos adversos aos prescritos para seu uso no controle de enfermidades em peixes. Portanto, estes produtos não deveriam ser liberados sem comprovada eficácia e segurança, uma vez que os produtores usam estas substâncias de efetividade duvidosa, sem conhecimento. Consequentemente se caminha na direção contrária do desenvolvimento da atividade economicamente relevante, pois devem ser usados produtos que comprovadamente causam benefícios aos peixes sem danificar meio ambiente e, consequentemente, auxilie o produtor a ter lucros com a atividade.

Contudo, alguns cuidados simples podem determinar a uma maior sobrevivência dos peixes e aumento da produção, garantindo assim maior lucro para o produtor – o respeito à capacidade-suporte dos tanques/viveiros da piscicultura, a não exposição desnecessária dos peixes a situações estressantes, manutenção de uma boa entrada de água com qualidade nos tanques/viveiros, além de evitar a entrada de agentes patogênicos. Consequentemente, o produtor poderá obter um produto final de melhor qualidade, o que é fundamental para incremento da cadeia do pescado.

Referências

-
- AFFONSO, E. G.; BARROS, F. P.; BRASIL, E. M.; TAVARES-DIAS, M.; ONO, E. A. 2009. Indicadores fisiológicos de estresse em peixes expostos ao peróxido de hidrogênio (H₂O₂). In: TAVARES-DIAS, M. (Org). *Manejo e sanidade de peixes em cultivo*. Macapá: Embrapa Amapá, p. 346-360.
- ALCÂNTARA-ROCHA, R. C. G.; CECCARELLI, P. S.; MELO, J. S. C.; SOUZA-FILHO, V. M. 1993. Eficiência de produtos químicos no combate a infestação do parasito *Trichodina* sp em lambari, *Astyanax bimaculatus* (Linnaeus, 1758). *Bol. Téc. Cepta*, 6: 31-39.
- ALCÂNTARA-ROCHA, R. C. G.; CECCARELLI, P. S.; SANTOS NETO, J. C.; RODRIGUES, A.; CERVI, R. C.; RIBEIRO, P. 1994. Eficácia de diferentes produtos químicos no controle de *Ichthyophthirius multifiliis* Fouquet, 1876, em alevinos de pacu *Piaractus mesopotamicus* Holmberg, 1887. *B. Téc. Cepta*, 7:1-8,1994.
- ALEXANDRINO, A. C.; OKUMURA, M. P. M.; BALDASSI, L.; TABATA, Y. A.; PAULI, A. O. S.; ARAÚJO, A. P. ROSA, M. B. 1998/1999. Ocorrência de infecção por *Edwardsiella tarda* em trutas-arco íris (*Oncorhynchus mykiss*) em cultivo intensivo. *B. Inst. Pesca*, 25: 121-123.
- ANDRADE, L. S.; ANDRADE, R. L. B; BECKER, A. G. 2006. Survival and behavior of silver, *Rhamdia quelen*, submitted to antibiotics and sodium chloride treatments. *Ciê. Rural*, 36: 1004-1007.
- ARAÚJO, L. D.; CHAGAS, E. C.; GOMES, L. C.; BRANDÃO, F.R. 2004. Efeito de banhos terapêuticos com formalina sobre indicadores de estresse em tambaqui. *Pesq. agrop. bras.*, 39: 217-221.

- AVENDAÑO-HERRERA, R.; MAGARIÑOS, B.; IRGANG, R.; TORANZO, A. E. 2006. Use of hydrogen peroxide against the fish pathogen *Tenacibaculum maritimum* and its effect on infected turbot (*Scophthalmus maximus*). *Aquaculture*, 257: 104-110.
- BUCHMANN, K.; BJERREGAARD, J. 1990. Comparative eficacies of commercially available benzimidazoles against *Pseudodactylogyrus* infestations in eels. *Dis. Aqua. Org.*, 9:117-120.
- CARNEIRO, P. C. F.; SCHORER, M.; MIKOS, J. D. 2005. Tratamentos terapêuticos convencionais no controle do ectoparasita *Ichthyophthirius multifiliis* em jundiá (*Rhamdia quelen*). *Pesq. agrop. bras.*, 40: 99-102.
- CARNEVIA, D.; CHAVES, L.; KEREKI, C. F. 2003. Caracterización de siete cepas de *Aeromonas hydrophila* (Bactéria, Aeromonadaceae) aisladas de peces ornamentales tropicales de Uruguay. CIVA2003, p. 966-970. [Disponível em: www.revistaaquatic.com/civa2003].
- CASTRO, F. J.; FERNANDES, M. N. 2009. Efeitos da infestação por parasitos argulídeos na fisiologia e mecanismos de defesa inata em peixes cultivados. In: TAVARES-DIAS, M. (Org). Manejo e sanidade de peixes em cultivo. Macapá: Embrapa Amapá, p. 361-388.
- CASTRO, S. B. R.; LEAL, C. A. G. ; CARVALHO, D. A. ; OLIVEIRA, D. F.; FIGUEIREDO, H. C. P. Antibacterial activity of plant extracts from Brazil against fish pathogenic bacteria. *Braz. J. Microbiol.*, 39: 1-4, 2008.
- CAVERO, B. A. S.; ITUASSU, D. R.; PEREIRA FILHO, M.; CRESCÊNCIO, R.; GANDRA, A. L.; ROUBACH, R. 2002. In: *XII Simpósio Brasileiro de Aquicultura*, Goiânia, 2002, p. 1-14.
- CECCARELLI, P. S. 1988. Susceptibilidade à infestação por *Lerneae* (Copepoda: Lerneidae) Linnaeus em diferentes espécies de peixes cultivados no CEPTA e testes de infestação no pacu *Piaractus mesopotamicus* em laboratório. *Bol. Téc. Cepta*, 1:31-35.
- CECCARELLI, P. S. OLIVEIRA, C. A. 1986. Ocorrências de helmintos, parasitas de *Colossoma mitrei* Berg, 1984 em ambiente natural. Simpósio Brasileiro de Aquicultura, 5., Cuiabá, 1986. *Anais...*p.203-205,.
- CECCARELLI, P. S.; ALCÂNTARA ROCHA, R. C. G.; MELO, J. S. C. E. 1993. Efeito do formaldeído sobre a *Trichodina* sp. e *Linguadactyloides* sp. em alevinos de pacu, *Piaractus mesopotamicus* Holmberg, 1887. *Bol. Téc. Cepta*, 6: 23-30.
- COSTA, A. B. 2004. Estratégias para o estudo de bactérias potencialmente patogênicas na piscicultura. In: *Tópicos especiais em piscicultura de água doce tropical intensiva*. Cyrino et al. (Ed.). São Paulo: TecArt. p. 387-403.
- CRUZ, C.; MACHADO NETO, J. G.; FUJIMOTO, R. Y.; HENARES, M. N. P.; DUÓ, D. A. 2008. Eficácia do paration metílico e do extrato aquoso de folhas secas de nim no controle de *Anacanthorus penilabiatu*s (Monogenoidea) em pacu (*Piaractus mesopotamicus*). *B. Inst. Pesca*, 34: 61 – 69.
- DARWISH, A. M.; MITCHELL, A. J.; STRAUS, D. L. 2009. Evaluation of potassium permanganate against an experimental subacute infection of *Flavobacterium columnare* in channel catfish, *Ictalurus punctatus* (Rafinesque). *J. Fish Dis.*, 32:193–199.
- DIAS, P.G.; FURUYA, W.M.; PAVANELLI, G.C.; MACHADO, M.H. & TAKEMOTO, R.M. 2004. Carga parasitária de *Rondonia rondoni* Travassos, 1920

- (Nematoda, Atractidae) e fator de condição do armado, *Pterodoras granulosus* Valenciennes, 1833 (Pisces, Doradidae). *Acta Scientiarum*, 26: 151-156.
- DIGGLES, B.K. 2000. Chemotherapy of the ciliate *Trichodina* sp., on juvenile turbot (*Colistium nudipinnis*) with notes on the susceptibility of fish with abnormal pigmentation. *New Zealand J. Mar. Freshwater Res.*, 34: 645-652.
- DOBSON, A. P.; KEYMER, A. E. 1994. Population dynamics and community structure of parasite helminths. In: SHORROCKS, B.; SWINGLAND, L. A. *Living in a patchy environment*. Oxford: Oxford University Press, p. 107-125.
- DOBSON, A.P.; ROBERTS, M. 1990. The population dynamics of parasite helminth communities. *Parasitology*, 109: S97- S108.
- EKANEM, A. P; OBIEKEZIE, A.; KLOAS, W.; KNOPF, K.2004. Effects of crude extracts of *Mucuna pruriens* (Fabacea) and *Carica papaya* (Caricacea) against the protozoan fish parasite *Ichthyophthirius multifiliis*. *Parasitol. Res.*, 92: 361-366.
- GIESEKER, C. M.; SERFLING, S. G.; REIMSCHUESSEL, R. 2006. Formalin treatment to reduce mortality associated with *Saprolegnia parasitica* in rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss*. *Aquaculture*, 253: 120-129.
- GODOY, D.; MIAN, G.; ZANOLO, R.; YUHARA, T.; FARIA, F.; FIGUEIREDO, H. C. P. 2008. Patterns of resistance to florfenicol and bicyclomycin in Brazilian strains of motile aeromonads. *Aquaculture*, 258:255-259.
- HIRAZAWA, N.; OSHIMA, S.; HATA, K. 2001. In vitro of the antiparasitic effect of caprylic acid against several fish parasites. *Aquaculture*, 200: 251-258.
- JOHNSON, S. C.; CONSTIBLE, J. M.; RICHARD, J. 1993. Laboratory investigations on the efficacy of hydrogen peroxide against the salmon louse *Lepeophtheirus salmonis* and its toxicological and histopathological effects on Atlantic salmon *Salmo salar* and chinook salmon *Oncorhynchus tshawytscha*. *Dis. Aquat. Org.*, 17:197-204.
- JIANG, Y.; XIE, P.; LIANG, G. 2009. Distribution and depuration of the potentially carcinogenic malachite green in tissues of three freshwater farmed Chinese fish with different food habits. *Aquaculture*, 288:1-6.
- KATHARIOS, P.; PAPANDROULAKIS, N.; DIVANACH, P. 2006. Treatment of *Microcotyle* sp. (Monogenea) on the gills of cage-cultured red porgy, *Pagrus pagrus* following baths with formalin and medendazole. *Aquaculture*, 251: 167-171.
- KLEIN, S; FEIDEN, A.; BOSCOLO, W. R.; REIDEL, A.; SIGNOR, A.; A. SIGNOR, A. A. 2004. Utilização de produtos químicos no controle de *Ichthyophthirius multifiliis*, Fouquet (1876) em alevinos de surubim do Iguaçu *Steindachneridion* sp., Garavello (1991). *Semina: Ciên. Agr.*, 25: 51-58.
- LI, MH.; WISE, D. J; ROBINSON, E. H. 1996. Chemical prevetion and treatment of winter saprolegniroseis ("winter kill") in channel catfish *Ictalurus punctatus*. *J. Word Aquacult. Soc.*, 27:1-6.
- LIMA, R. M. S.; FIGUEIREDO, H. C. P; FARIA, F. C. F; PICOLLI, R. H; BUENO FILHO, J. S. S; LOGATO, P. V. R. 2006. Resistência a antimicrobianos de bactérias oriundas de ambiente de criação e filés de tilápias do Nilo (*Oreochromis niloticus*). *Ciênc. agrotec.*, 30:126-132.

- LOM, J. 1981. Fish invading dinoflagellates: a synopsis of existing and newly proposed genera. *Folia Parasitol.*, 28:3-11.
- MADSEN, H. C. K.; BUCHMANN, K.; MELLERGAARD, S. 2000. Treatment of trichodiniasis in eel (*Anguilla anguilla*) reared in recirculation systems in Denmark: alternatives to formaldehyde. *Aquaculture*, 186: 221-231.
- MANSELL, B.; POWELL, M. D.; ERNST, I.; NOWAK, B. F. 2005. Effects of the gill monogenean *Zeuxapta seriolae* (Meserve, 1938) and treatment with hydrogen peroxide on pathophysiology of kingfish, *Seriol lalandi* Valenciennes, 1833). *J. Fish Dis.*, 28: 253-262.
- MARTINS, M. L.; ONAKA, E. M.; MORAES, F. R.; FUJIMOTO, R. Y. 2001. Mebendazole treatment against *Anacanthorus penilabiatu*s (Monogenea, Dactylogyridae) gill parasite of cultivated *Piaractus mesopotamicus* (Osteichthyes, Characidae) in Brazil. Efficacy and hematology. *Acta Parasitol.*, 46: 332-336.
- MARTINS, M. L.; MORAES, F. R.; BOZZO, F. R.; PAIVA, A. M. F. C.; GONÇALVES, A. 2002a. Recent studies on parasitic infections of freshwater cultivated fish in the state of São Paulo, Brazil. *Acta Scientiarum*, 24: 981-985.
- MARTINS, M.L.; MORAES, F. R.; MIYAZAKI, D. M. Y.; BRUM, C. D.; ONAKA, E. M.; FENERICK, J.; BOZZO, F. R. 2002b. Alternative treatment for *Anacanthorus penilabiatu*s (Monogenea: Dactylogyridae) infection in cultivated pacu *Piaractus mesopotamicus* (Osteichthyes: Characidae) in Brazil and their haematological effects. *Parasite*, 9: 175-180.
- MARTINS, M. L.; YOSHITOSHI, E. R. 2003. A new nematode species *Goezia leporini* n. sp. (Anisakidae) from cultured freshwater fish *Leporinus macrocephalus* (Anostomidae) in Brazil. *Braz. J. Biol.*, 63: 497-506.
- MIRON, D. S.; SILVA, L. V. F.; GOLOMBIESKI, J. I.; BALDISSEROTTO, B. 2003. Efficacy of different salt (NaCl) concentrations in the treatment of *Ichthyophthirius multifiliis* in infected silver catfish *Rhamdia quelen*, fingerlings. *J. Appl. Aquacul.*, 14: 155-161.
- MORAES, F. R.; MARTINS, M. L. 2004. Condições predisponentes e principais enfermidades de teleósteos em piscicultura intensiva. In: *Tópicos especiais em piscicultura de água doce tropical intensiva*. Cyrino et al. (Ed.). São Paulo: TecArt. p. 343-386.
- MURATORI, M. C.; MARTINS, N. E.; PEIXOTO, M. T. D.; ARARIPE, M. N. B.; MENDONÇA, I. L. 2000. Ocorrência de *Piscinoodinium pillulare* em tilápia *Oreochromis niloticus*. In: Encontro Brasileiro de Patologistas de Organismos Aquáticos, 6 e Encontro Latino-Americano de Patologistas de Organismos Aquáticos, 2., 2000, Florianópolis, SC. Anais...p.117.
- MURATORI, M. C. S.; MARTINS, N. E.; PEIXOTO, M. T. D.; OLIVEIRA, A. L., RIBEIRO, L. P.; COSTA, A. P. R.; SILVA, M. C. C.; LEITE, R. C. 2001. Mortalidade por "septicemia dos peixes tropicais" em tilápias criadas em consorciação com suínos. *Arq. Bras. Med. Vet. Zootec.*, 53:658-662.
- NUÑEZ, M.; POZO, M.; VALLADARES, J. 2001. Concentración inhibitoria mínima de tres extractos de plantas medicinales sobre bacterias del género *Aeromonas*, causantes de enfermedad en peces. *Rev. AquaTic*, 14: [Disponível el 16/05/2009 en URL: <http://www.revistaaquatic.com/aquatic/art.asp?t=h&c=123>].

- ONAKA, E. M. 2009. Principais parasitoses em peixes de água doce no Brasil. In: TAVARES-DIAS, M. (Org). Manejo e sanidade de peixes em cultivo. Macapá: Embrapa Amapá, p. 536-574.
- OSORIA, R. A. F. 2003. Evaluación de extratos de plantas medicinales com actividad antiparasitaria. CIVA 2003, p.358-370 [Disponível em: www.revistaaquatic.com/civa2003].
- OMOREGIE, E.; ESEYIN, T. G.; OFOJEKWU, P. C. 1994. Chronic effects of formalin on erythrocytes counts and plasma glucose of Nile tilapia, *Oreochromis niloticus*. *Asian Fish. Sci.*, 7: 1-6.
- OMOREGIE, E.; OYEBANJI, S. M. 2002. Oxytetracycline-induced blood disorder in juvenile Nile tilapia *Oreochromis niloticus* (Trewavas). *J. World Aquacul. Soc.*, 33: 377-382.
- PARRA, J. R. G; BRANDÃO, D. A.; CECCARELLI, P. S. 1997. Eficácia do fembendazole no controle de nematódeos de pacu *Piaractus mesopotamicus* (Holmberg, 1987). *Ciê. Rural*, 27: 297-299
- PAVANELLI, G. C.; EIRAS, J. C.; TAKEMOTO, R. M. 2000. Sanidade de Peixes. *Inform. Agrop.*, 21:48-52.
- PAVANELLI, G.C.; EIRAS, J.C. TAKEMOTO, R.M. 2008. *Doenças de peixes: Profilaxia, diagnóstico e tratamento*. 3ª Ed. Maringá: UEM.
- PELLLI, A.; PAULA, D. R.; ARRUDA, A. A. M.; LOPES, P.M.; RAMOS, S.M.; REZENDE, A.P.S. 2008. Toxicidade aguda e crônica de difloebnzuron para jaú, *Zungaro zungaro* (Humboldt, 1821)(Pisces, Pimelodidae). *Rev. Bras. Zootec.*, 10: 51-54.
- PIRONET, F. N.; JONES, J. B. 2000. Treatments for ectoparasites and diseases in captive Western Australian huffish. *Aquacul. Internat.*, 8: 349-361.
- PRIETO, A.; OCAMPO, A. A.; FERNÁNDEZ, A.; PÉREZ, M. B. 2005. El empleo del medicina natural en el control de enfermedades de organismos acuáticos y potencialidades de uso en Cuba y México. *Rev. Especial. Cien. Químico Biológ.*, 8:38-49.
- RANZANI-PAIVA, M. J.; ISHIKAWA, C. M.; PORTELLA, M. C.; CELIBERTO, R. J. 1987. Hematologia da carpa comum *Cyprinus carpio*, infestada por *Argulus* sp. e após um tratamento com fosfato de 0,0-dimetil-oxi-2,2,2,-tricloroetilo (Neguvon). *B. Inst. Pesca*, 14: 83-92.
- RODRIGUES, E. L.; RANZANI-PAIVA, M. J. T.; SANTOS, A. A. Alterações histopatológicas em fígado de dourado *Salminus maxillosus* Valenciennes, 1840 (Osteichthyes, Characidae) causadas por *Neocucullanus neocucullanus* Travassos, Artigas & Pereira 1828 (Nematoda). *Acta Scientiarum*, 24: 455-459, 2002.
- SAHU, S.; DAS, B. K.; MISHRA, B. K.; PRADHAN, J.; SARANGI, N. 2007. Effect of *Allium sativum* on the immunity and survival of *Labeo rohita* infected with *Aeromonas hydrophila*. *J. Appl. Ichthyol.*, 23: 80-86.
- SANCHEZ, W.; PALLUEL, O.; MEUNIER, L.; COQUERY, M.; PORCHER, J. M.; AÏSSA, S. A. 2005. Copper-induced oxidative stress in three-spined stickleback: relationship with hepatic metal levels. *Environ. Toxicol. Pharmacol.*, 19: 177-183.
- SCHAMAH, G.; SCHIMIDT, H.; RITTER, G. 1996. The control ichthyophthiriasis by a medicated food containing quinine: efficacy tests and ultrastructure investigations. *Parasito. Res.*, 82: 697-75.

- SCHLENK, D. 1998. Efficacy of copper sulfate for the treatment of ichthyophthiriasis in channel catfish. *J. Aquatic Anim. Health*, 10: 390-396.
- SCHRECK, C. B.; FITZPATRICK, M. S.; MARKING, L. L.; RACH, J. J.; SCHREIER, T. M. 1992. *National Fisheries Research Center, Research to Identify Effective Antifungal Agents*. Annual Report, to Bonneville Power Administration, Portland, OR.
- SHALABY A. M.; KHATTAB, Y. A.; ABDEL RAHMAN, A. M. 2006. Effects of garlic (*Allium sativum*) and chloramphenicol on growth performance, physiological parameters and survival of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*). *J. Venom. Anim. Toxins incl. Trop. Dis.*, 12:172-201.
- SHAMSUDIN, M. N.; PLUMB, J. A. 1994. Morphological, biochemical, and physiological characterization of *Flexibacter columnaris* isolates from four species of fish. *J. Aquatic Anim. Health*, 8: 335-339.
- SPEARSE, D. J.; ARSENAULT, G. J. 1997. Effects of intermittent hydrogen peroxide exposure on growth and columnaris disease prevention of juvenile rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Can. J. Aqua. Sc.*, 54: 2653-2658.
- SINGHAL, R. N.; JEET, S.; DAVIES, R. W. 1986. Chemotherapy of six ectoparasitic diseases of cultured fish. *Aquaculture*, 54:165-171.
- SORUM, H. 1999. Antibiotic resistance in aquaculture. *Acta Vet. Scandinavia*, 92: 29-36.
- SOUSA, J. A.; EIRAS, J. C.; RANZANI-PAIVA, M. J. T.; Alexandrino, A. C. 1999. Bacteriology of wild grey mullets, *Mugil platanus* Günther, from Cananéia, São Paulo State, Brazil. *Revta bras. Zool.*, 16: 1065-1069.
- STEPHENS, F. J.; CLEARY, J. J.; JENKINS, G.; JONES, J. B.; RAIDAL, S. R.; THOMAS, J. B. 2003. Treatment to control *Haliotrema abaddon* in the West Australian dhufish, *Glaucosoma hebraicum*. *Aquaculture*, 215: 1-10.
- TAVARES-DIAS, M.; MARTINS, M. L.; KRONKA, S. N. 1999. Evaluation of the haematological parameters in *Piaractus mesopotamicus* Holmberg (Osteichthyes: Characidae) with *Argulus* sp (Crustacea, Branchiura) infestation and treatment with organophosphate. *Revta. bras. Zool.*, 16: 553-555.
- TAVARES-DIAS, M.; MARTINS, M. L.; SCHALCH, S. H. C.; ONAKA, E. M.; MORAES, J. R. E.; QUINTANA, C. I. F.; MORAES, F. R. 2002. Alterações hematológicas e histopatológica em pacus *Piaractus mesopotamicus* Holmberg, 1887 (Osteichthyes: Characidae) tratados com sulfato de cobre (CuSO₄). *Acta Scientiarum*, 24:547-554.
- THATCHER, V. E.; BRITES-NETO, J. 1994. Diagnóstico, prevenção e tratamento das enfermidades de peixes neotropicais de água doce. *R. Bras. Med. Vet.*, 16: 111-128.
- THOMAS-JINU, S.; GOODWIN, A. E. 2004. Acute columnaris infection in channel catfish, *Ictalurus punctatus* (Rafinesque): efficacy of practical treatments for warmwater aquaculture ponds. *J. Fish Dis.*, 27: 23-28.
- TOJO, J.; SANTAMARINA, M. T.; UBEIRA, F. M.; ESTEVEZ, J.; SANMARTIN, M. L. 1992. Anthelmintic activity of benzimidazoles against *Gyrodactylus* sp. infecting rainbow trout *Oncorhynchus mykiss*. *Dis. Aqua. Org.*, 12: 185-189.
- TONGUTHAI, K. 1997. Control of freshwater fish parasites: A Southeast Asian perspective. *Inter. J. Parasitol.*, 27: 1185-1191.
- TÓRO, R. M.; GESSNER, A. A. L.; FURTADO, N. A. J. C.; CECCARELLI, P. S.; ALBUQUERQUE, S.; BASTOS, J. K. 2003. Activity of the *Pinus elliottii* resin

- compounds against *Lernaea cyprinacea* in vitro. *Vet. Parasitol.*, 118: 143-149.
- UMEDA, N.; NIBE, H.; HARA, T.; HIRAZAWA, N. 2006. Effects of various treatments on hatching of eggs and viability of oncomiracidia of the monogenean *Pseudodactylogyrus anguillae* and *Pseudodactylogyrus bini*. *Aquaculture*, 253: 148-153.
- VALENTIM-ZABOTT, M.; VARGAS, L.; RIBEIRO, R. P. R.; PIAU JUNIOR, R.; TORRES, M. B. A.; RÖNNAU, M.; SOUZA, J. C. 2008. Effects of a homeopathic complex in Nile tilapia (*Oreochromis niloticus* L.) on performance, sexual proportion and histology. *Homeopathy*, 97:190–195.
- VARGAS, L.; POVH, J. A.; RIBEIRO, R. P.; MOREIRA, H. L. M.; LOURES, B. T. R. R.; MARONEZE, M. S. 2003. Efeito do tratamento com cloreto de sódio e formalina na ocorrência de ectoparasitas em alevinos de tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*) revertidos sexualmente. *Arq. Ciên. Vet. Zool.*, 6: 39-48.
- VICENTE, J. J.; PINTO, R. M. 1999. Nematóides do Brasil. Nematóides de peixes. Atualização: 1985-1998. *Revta bras. Zool.*, 16: 561-610.